



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique Et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



Ministère de l'Enseignement Supérieur et la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور – الجلفة

Université Ziane Achour – Djelfa

كلية علوم الطبيعة و الحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie

Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du Diplôme de Master en Parasitologie

Thème

**Les parasites intestinaux du Mouflon à manchette
Ammotragus Lervia en semi captivité au niveau de la
réserve de chasse de Djelfa**

Soutenu le : 25/11/2018

Présenté par : BEN TOURKIA Aicha
BEN NAIHA Selma

Présidente SENNI Rachida

M.C.B. Univ. Djelfa

Promotrice GUERZOU Ahlem

M.C.A. Univ. Djelfa

Co-promotrice MILLA Amel

Professeur E.N.S.V., El Harrach

Examinatrices HABITA Aicha

M.A.A. Univ. Djelfa

SAIDANI Zineb

M.A.A. Univ. Djelfa

Année Universitaire 2017/2018

Remerciements

Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de Dr GUERZOU Ahlem, on le remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant la préparation de ce mémoire.

Nos remerciements s'adressent à notre co-promotrice Professeur MILLA Amel pour son aide pratique et son soutien moral et ses encouragements.

Nous sommes conscientes de l'honneur que nous a fait Dr. SENNI Rachida

en tant que présidente du jury, ainsi que Mme HABITA Aicha et Mme SAIDANI Zineb en tant qu'examinatrices du travail.

Nos remerciements s'adressent également à tout nos professeurs pour leurs générosités et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.

Nos profonds remerciements vont également à toutes les personnes qui nous ont aidés et soutenue de près ou de loin principalement à tous l'effectif du service de réserve de chasse de Djelfa .

Sommaire

Remerciements

Liste des abréviations	A
Liste des figures	B
Liste des tableaux	C
Introduction	2
Chapitre I - Maladies endoparasitaires des bovidae	
1.1. - Protozooses	5
1.1.1. - Giardiose	5
1.1.2. - Cryptosporidiose	5
1.1.3. - Eimeriose	6
1.1.4. - Balantidiose	6
1.2. - Helminthiases	6
1.2.1. - Fasciolose	7
1.2.2. - Monieziose	7
1.2.3. -Toxocarose	7
1.2.4 -Trichurose	8
1.2.5 - Strongylose gastro-intestinale	8
Chapitre II – Matériel et méthodes	
2.1 - Choix et présentation de la réserve de chasse de Djelfa	10
2.2. - Travail du terrain	10
2.3. - Travail au laboratoire	12
2.3.1. - Principe de la méthode de flottaison	12
2.3.1.1. - Déroulement de la technique.	12
2.3.1.2. - L'avantage et inconvénient de la méthode	12
2.3.2. - Méthode de Mc Master	12
2.3.2.1. - Présentation de la lame de Mac Master	14
2.3.2.2. - Mode opératoire	14

2.4. - Identifications des endoparasites	14
2.5. - Exploitation des résultats	15
Chapitre III- Résultats	
3.1. - Liste des espèces des parasites internes trouvées chez les mouflons dans la réserve de chasse de Djelfa	18
3.2. - Exploitation des résultats par les indices écologiques	19
3.2.1. - Exploitation des résultats par les indices écologiques de composition	19
3.2.1.1. - Richesses totales et moyennes des espèces parasitaires	19
3.2.1.2. - Abondances relatives des espèces parasitaires	20
3.2.2. - Exploitation des résultats par les indices écologiques de structure	22
3.3. - Exploitation des résultats par les indices parasitaires	22
3.3.1. - Positivité	22
3.3.2. - Prévalence des espèces parasitaires	23
3.4. - Variations de l'apparition des espèces de parasites en fonction des températures moyennes	25
Chapitre IV - Discussion	
4.1. - Inventaire des endoparasites trouvés dans les fèces de mouflon à manchettes	27
4.2. - Exploitation des résultats d'endoparasites trouvés dans les fèces de mouflon	27
4.3. - Exploitation des résultats d'endoparasites trouvés dans les fèces de mouflon à manchettes par les indices écologiques de structure	28
4.4. -Discussion des résultats obtenus par l'exploitation avec les indices parasitaires	28
4.5. - Discussion des résultats concernant les variations de l'apparition des espèces de parasites en fonction des températures moyennes	29
Conclusion	31
Perspectives	32
Références bibliographiques	34
Annexes	41

Liste des abréviations

A.N.O.F.L	Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie (France).
A.N.S.E.S	Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'Environnement et du travail(Canada).
AR%	Abondances relatives
C.F.P.T	Comité fédéral Provincial Territorial sur L'eau potable sur la Santé et l'Environnement.(Canada).
H.C.E.F	Haut commissariat aux eaux et foret et à la lutte contre la désertification (Marroc)
K₂CrO₇	Bichromate de Potassium
ni	Nombre d'individus
O.M.S	Organisation mondiale de la santé
O.I.E	Organisation mondiale de la santé animale comité international
R.C.D	Réserve de chasse de Djelfa
T°	Température
Tr	Tour
µm	Micromètre
ZnSO₄	Sulfate de Zinc
%	Pourcentage
° C	Degré celsius

Liste des figures

<u>Figure</u>	<u>Titre</u>	<u>Page</u>
Fig.1	a- Situation géographique de la réserve de chasse de Djelfa.....	11
	b- Vue générale de l'élevage du mouflon	11
Fig.2	Étapes de la technique de flottaison (ROUSSET, 1993)	13
Fig.3	Différents indices utilisés pour exploiter les résultats.....	16
Fig.4	<i>Nematodirus</i> sp. (Gr×40)	21
Fig.5	<i>Trichostrongylus</i> sp. (Gr×40)	21
Fig.6	<i>Fasciola</i> sp. (Gr×40)	21
Fig.7	<i>Moniezia</i> sp. (Gr×40).	21
Fig.8	<i>Toxocara</i> sp. (Gr×40)	24
Fig.9	<i>Ostertagia</i> sp. (Gr×40)	24
Fig.10	<i>Strongyloides</i> sp. (Gr×40)	24
Fig.11	Variations de la richesse parasitaire en fonction des températures moyennes . .	25

Liste des tableaux

<u>Tableaux</u>	<u>Titre</u>	<u>Page</u>
Tab. 1	Principaux strongyloses gastro-intestinales des bovidae	41
Tab. 2	Taxonomie des principales espèces de parasites interne des bovidae	42
Tab. 3	a. Les principales caractéristiques d'oocystes de protozoaires	43
	b. Principales caractéristiques des oeufs de trématodes	44
	c. Principales caractéristiques d'oeuf de cestode	44
	d. Principales caractéristiques des oeufs de Nématodes	45
Tab.4	Liste des endoparasites trouvés dans les excréments du mouflon à manchettes	18
Tab. 5	Richesses totales globale S et mensuelles S' et richesses moyennes Sm	19
Tab. 6	Valeurs des nombre d'individus et des abondances relatives des espèces de parasites	20
Tab. 7	Valeurs des indices de diversité de Shannon-Weaver, de diversité maximale et d'Equitabilité des espèces d'endoparasites du mouflon à manchettes	22
Tab. 8	Positivité des pots examinés	22
Tab. 9	Prévalence et catégories de prévalences des espèces parasitaires intestinales trouvées chez le mouflon	23

Introduction

INTRODUCTION

Introduction

Les Aoudads ou mouflons à manchettes *Ammotragus lervia* (Pallas, 1777) sont les ongulés endémiques des zones montagneuses les mieux adaptés aux environnements arides et chauds (BEN MINOUN et NOUIRA, 2013). Ils appartiennent au genre *Ammotragus*, ancêtre des genres *Ovis* et *Capra*, dont il est le seul représentant et qui compte 6 sous espèces (CASSINELLO, 2012). Morphologiquement, le mouflon présente une apparence d'ovin (genre *Ovis*), est pourtant plus proche des chèvres (genre *Capra*) avec qui il peut produire des hybrides fertiles (CASSINELLO, 1998). Le mouflon à manchettes est un herbivore généraliste, en fonction de la disponibilité des pâturages et de la saison (ALAOUI, 2006). Il peut adapter son régime alimentaire qui se compose d'herbacées, de plantes succulentes, de graminées et de buissons, de ce fait, le mouflon peut être considéré à la fois comme un brouteur et un paisseur (H.C.E.F., 2006). Il possède de grandes capacités pour supporter les conditions difficiles des zones arides et passer de longues périodes sans boire (CASSINELLO, 1998). Actuellement, il est classé en tant qu'espèce vulnérable d'après la liste rouge des espèces menacées de l'UICN (CASSINELLO *et al.*, 2008). Ses effectifs en Algérie étant peu nombreux et en déclin, les principales causes de ce déclin sont le braconnage ainsi que la fragmentation et la destruction de son habitat (BOUNACEUR *et al.*, 2016). Les études réalisées sur le mouflon à manchettes sont très nombreuses. Parmi les quelles, celles effectuées en Mexique par NOVACK *et al.* (2009), en Espagne par ALADOS et CORMINA (1993), par ALAOUI (2006) et par MIGUEL AYANAZ (2010), au Maroc par CUZIN (2003). Les études dernièrement citées se sont intéressées par l'aspect répartition géographiques. Concernant le régime alimentaire, il ya les travaux de GRAY et SIMPSON (1980) en Amérique, BEN MIMOUN et NOUIRA (2015) en Tunis, DEPIERRE et GILLET 1974 au Tchad. Pour ce qui est de la reproduction les travaux de SCHMIDLY (2004) en Texas (Etats Unis), d'ABAIGAR *et al.* (2012) en Espagne sont à citer. Pour ce qui est des maladies parasitaires, les études qui peuvent être citées sont celles de RAJASEKARIAH et HOWELL (1978) aux Etats unis, de MAESANO *et al.* (2014), de RAMISZ *et al.* (2017) en Pologne, de MAERTEN (2014) en France et de MAYO *et al.* (2013) en Espagne. En Algérie, les seuls travaux qui peuvent être cités sont ceux de BOUNACEUR *et al.* (2016) sur la répartition géographique, de BELLETRECHE et BENFODIL (2013) au niveau du jardin d'essais d'El Hammaet de ZEBDA (2017) sur les endoparasites des mouflons à manchettes dans la réserve de chasse de Djelfa. La présente étude vise à compléter le dernier travail cité en complétant le travail durant l'année suivante afin de pouvoir comparer les richesses et les

effectifs des espèces trouvées entre 2017 et 2018. Le document réalisé s'articule sur une introduction suivies de 4 chapitres dont le premier est une bibliographie des maladies endoparasitaires touchant les Bovidés, le deuxième détaille la démarche du travail sur le terrain et au laboratoire ainsi que les méthodes d'exploitation des résultats obtenus. Le troisième chapitre est réservé aux résultats obtenus concernant les espèces d'endoparasites d'*Ammotragus lervia*. Le quatrième chapitre est une discussion des résultats détaillés dans le troisième chapitre. Ce document se termine par une conclusion et quelques perspectives.

Chapitre I

**Maladies endoparasitaires
des bovidae**

des bovidae

Maladies endoparasitaires des bovidae

Chapitre I – Maladies endoparasitaires des bovidae

Ce chapitre est réservé à la présentation des principales parasitoses liées aux endoparasites signalées chez les bovidae. Ces parasitoses sont causées principalement par des protozoaires et des helminthes.

1.1. - Protozooses

Les principales maladies dues à des infestations par des parasites protozoaires, ayant un impact pathogène au niveau digestif chez les bovidae sont: la giardiose, la cryptosporidiose, l'eimeriose et la balantidiose (MEHLHORN, 2016). Le détail de ces maladies est présenté dans ce qui va suivre.

1.1.1. - Giardiose

La giardiose (lambliaose) est l'une des infections intestinales causées par les protozoaires (O.M.S., 1981). Elle est due à *Giardia duodenalis* (Diplomonadida, Hexamitidae) (C.F.P.T., 2012). Un parasite flagellé qui se rencontre chez de nombreux mammifères (BAREILLE et FOURNIER, 2010). Ce Parasite se présente sous deux formes, une forme Kystique qui est responsable de la survie et la contamination dans le milieu extérieur et une forme végétative ou trophozoïte qui se multiplie dans la partie antérieure de l'intestin grêle responsables de la maladie (A.N.O.F.E.L., 2014). La giardiose est une cause fréquente de la diarrhée qui provoque une perte de poids ainsi qu'un affaiblissement du corps (CHANUDET, 2012). Les sujets atteints peuvent voir un retard de croissance une tendance à l'allongement de la durée d'engraissement (CHARLES et STERLING-RODNEY, 2004).

1.1.2. - Cryptosporidiose

La cryptosporidiose bovine est une zoonose opportuniste cosmopolite causée par diverses espèces appartenant au genre *Cryptosporidium* (Eimeriida, Cryptosporidiidae) (DEBERNARD, 2014). Cet agent pathogène est un parasite monoxène (NACIRI, 1992). Le cycle se fait par une multiplication asexuée qui conduit à la contamination des cellules de l'épithélium digestif et à son altération et une multiplication sexuée qui donne des oocystes (A.N.S.E.S., 2011). La maladie est caractérisée par une diarrhée aiguë intermittente, verdâtre, aqueuse et nauséabonde ces signes sont accompagnés de dépression et d'abattement d'anorexie et de perte de poids (PIROELLE, 2010).

1.1.3. –Eimeriose

Les eimerioses bovines communément appelées coccidioses sont due à la présence et à la multiplication des coccidies du genre *Eimeria* (Eimeriida, Eimeridae) dans les cellules épithéliales de l'intestin (PIROELLE, 2010). Les deux espèces les plus pathogènes sont : *E.zuernii* et *E.bovis* chez les bovins. Le cycle de développement comporte deux phases successives une première où la reproduction est asexuée et dite de mérogonie, et une deuxième où la reproduction est sexuée, ce cycle est assez rigide, en ce sens qu'une fois les deux phases complétées, à l'intérieur de l'animal (VILLENEUVE, 2013). Lors de plus forte infestation, les animaux ont une diarrhée profuse hémorragique avec des épreintes. Ils présentent également une perte d'appétit, un affaiblissement et une déshydratation (CHANUDET, 2012). Dans certains cas l'eimeriose peut se présenter sous une forme nerveuse relativement fréquente chez les veaux à l'engraissement et plus rare chez les petits ruminants où les animaux présentent des trémulations musculaires de l'incoordination, des convulsions et des pertes d'équilibres (SOW,2014).

1.1.4. – Balantidiose

La parasitose due à *Balantidium coli* est essentiellement retrouvée en zones tropicales (GUILLAUME, 2007). Le genre *Balantidium* (Tichostomatida, Balantidiidae) est le seul cilié parasite dans le lumen et caecum des bovidae (LACOSTE, 2009). Il est trouvé chez les moutons, qui se contamine en absorbant des Kystes éliminés par les rats et les porcs réservoirs de cette parasitose (CHO *et al.*, 2006). La balantidiose provoque une diarrhée accompagnée par des douleurs abdominales chez les animaux atteinte (LACOSTE, 2009). Les symptômes de maladie en générale deviennent seulement sévères quand l'hôte souffre d'une suppression immunitaire en raison d'une autre infection parasitaire (MEHLHORNE, 2016).

1.2. - Helminthiases

Les principales maladies dues à des infestations par des parasites métazoaires, ayant un impact pathogène au niveau digestif chez les bovidae sont: la fasciolose, la moniezirose, la toxocarose, la trichurose, les strongyloses gastro-intestinales (MEHLHORN, 2016). Les caractéristiques de ces maladies sont détaillées séparément.

1.2.1. - Fasciolose

La fasciolose est une helminthose hépatobiliaire, cosmopolite et saisonnière, due à la présence de *Fasciola hepatica* (Trematoda, Fasciolidae) (SOCHAT, 2015). Les douves hépatiques sont des vers plats hermaphrodites très fréquents chez les ruminants (NDIAYE *et al.*, 2013). Les animaux parasités marquent un retard de croissance associé d'une baisse de production même avec de faibles charges parasitaires (VILLENEUVE, 2013). Les symptômes comprennent une anémie, une faiblesse, une baisse d'appétit de l'émaciation et un retard de croissance (DONNADIEU, 2001).

1.2.2. - Monieziose

La monieziose ou la téniasis est une maladie parasitaire interne due à la présence, dans l'intestin grêle des ruminants et principalement des ovins, des ténias adultes du genre *Moniezia* (Cyclophyllida, Anoplocéphalidea) (S.N.G.T.V, 2001). Le développement nécessite un hôte intermédiaire, un acarien orbatidae vivant à l'état libre dans les prairies. La contamination s'effectue uniquement par voie orale, suite à l'ingestion avec l'herbe des hôtes intermédiaires contenant les larves de *Cysticercoides* (SOW, 2014). Ce parasitisme aurait un retentissement sur l'état général de l'animal entraînant une anémie, un amaigrissement avec un ralentissement de la croissance, les animaux très infestés présentent des troubles de rumination, une diarrhée (VILLENEUVE, 2013).

1.2.3 -Toxocarose

Toxocarose est une parasitose cosmopolite due à *Toxocaravitulorum* (Ascaridida, Toxocaridae) (MEHLHORN, 2016). Ce dernier est un ver rond de couleur blanchâtre qui mesure entre 5 et 12 cm de longueur. Il est incurvé aux deux extrémités pour former deux courbures de sens opposés. Cette morphologie lui donne l'allure d'un "S" très allongé. Il possède deux ailes céphaliques, grossièrement striées, longues, étroites et progressivement atténuées en arrière. Ce parasite se développe dans l'intestin grêle du veau, il se nourrit du liquide intestinal (chyme) (JEANNERET, 1991) Cette infestation parasitaire cause un ralentissement de la croissance et des troubles digestifs (GOURREAU et BENDALI, 2008).

1.2.4 -Trichurose

La trichurose est une helminthose digestive due à la présence de *Trichuris* sp. (Trichinellida, Trichuridae) dans le gros intestin des ruminants domestiques et sauvages (PAPLORAY, 2002). Les trichures adultes mesurent 3 à 5 cm de long. Ils vivent dans la lumière du caecum et du colon (MAERTEN, 2014). Le cycle évolutif des trichures est monoxène. Les adultes excrètent des œufs éliminés dans le milieu extérieur dans les fèces du ruminant (COCKENPOT, 2013). Deux stades larvaires protégés sous forme d'œufs embryonnés se développent dans l'enveloppe initiale (JEANNERET, 1991). Les formes infestantes peuvent survivre plusieurs années dans le milieu extérieur, la contamination de l'hôte définitif se fait par ingestion des œufs embryonnés dont l'éclosion donne des adultes vivant ensuite dans la lumière intestinale, fixés dans la muqueuse caecale et colique. La période prépatente est de 2 à 3 mois (JULIE, 2015). Ce parasite est rarement à l'origine de signes cliniques mais peut entraîner en cas d'infestation massive de l'anémie et de l'anorexie, ses effets s'additionnent à celui des autres parasites digestifs et participent à une diarrhée et au retard de croissance (O.I.E., 2003).

1.2.5- Strongylose gastro-intestinale

La strongylose gastro-intestinale est une Helminthose due aux strongles gastro-intestinaux parasites de la caillette ou de l'intestin des ruminants (PAPLORAY, 2002). Ce sont des nématodes qui appartiennent à l'ordre des Strongylida et de deux familles de Trichostrongylidae (*Ostertagia* sp., *Teladorsagia* sp., *Marshallagia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Nematodirus* sp., et *Cooperia* sp.) et de Strongylidae (*Oesophagostomum* sp.) (LEBRE, 2015). Ce sont des vers ronds cylindriques, non segmentés (SOCHAT, 2015). Leur cycle biologique est monoxène. Les effets cliniques lors d'une infestation par des strongles gastro-intestinaux sont dus soit au régime alimentaire du ou des parasites (*Haemonchus contortus* est hématophage par exemple), soit liés à des lésions histologiques graves engendrées par les parasites (l'ostertagiose), soit à une réaction immunitaire de l'hôte vis-à-vis du parasite (THOMAS, 2003). La liste des principaux parasites Strongyloides signalés chez les bovidae est dressée dans le tableau 1 (Annexe 1).

Il est à rappeler que la liste des principales espèces de parasites inféodées aux bovidae est classée dans le tableau 2 (Annexe 1).

Chapitre II

Matériels et méthodes

Matériels et méthodes

Chapitre II – Matériel et méthodes

Dans le 2^{ème} chapitre, plusieurs volets seront détaillés. D'abord, une brève présentation de la réserve de chasse de Djelfa, dont la quelle est réalisé le travail est faite. Ensuite les différentes techniques suivies pour analyser les fèces et détecter les endoparasites, et enfin les différents indices écologiques par lesquelles sont exploités les résultats sont exposés.

2.1. – Choix et présentation de la réserve de chasse de Djelfa

La réserve de chasse de Djelfa se située dans la commune d'Ain Maâbed dans le massif forestier de séhary Guebli à 280km au sud d'Alger. Elle s'étale sur une superficie de 31 866.25 ha (Fig.1a et b). Elle appartient à l'étage bioclimatique semi-aride à hiver froid. Les essences principales présentes dans la réserve sont le pind'Alep *Pinus halepensis*, le chêne vert *Quercus ilex* et le genévrier de Phénicie *Juniperus phoenicea* et d'Oxycedre *Juniperus oxycedrus* ainsi que la steppe herbacées représentée par Steppe à Alfa *Stipatenacissima*. En termes d'espèces animales, la réserve est riche en gibiers notamment la Perdrix gabra *Alectoris barbara*, la caille des blés *Coturnix coturnix*, le pigeon ramier *Columba palumbus* et la tourterelle des bois *Streptopelia turtur* (R.C.D., 2018). Le présent travail est réalisé au niveau de la réserve de chasse de Djelfa car c'est le seul lieu en Algérie qui a fixé pour but la réhabilitation du mouflon à manchettes (R.C.D., 2018).

2.2. - Travail du terrain

Le travail sur le terrain consiste à récolter les excréments des mouflons à l'état frais dans le lieu d'élevage des mouflons. La récolte est faite durant la période de 20 janvier jusqu'à 14 septembre 2018 à raison de 4 sorties par mois et de 5 pots pour chaque sortie. Au totale de 145 pots remplis de fèces sont ramassés. Chaque pots est remplis d'une solution de conservation " la bichromate de potassium $K_2Cr_2O_7$ " afin de conserver des crottes. Les échantillons sont amenés au laboratoire de Parasitologie de l'Ecole Nationale Supérieur Vétérinaire E.N.S.V. d'El Harrach pour effectuer l'analyse coprologique et identifier les espèces de parasites trouvées dans les crottes.

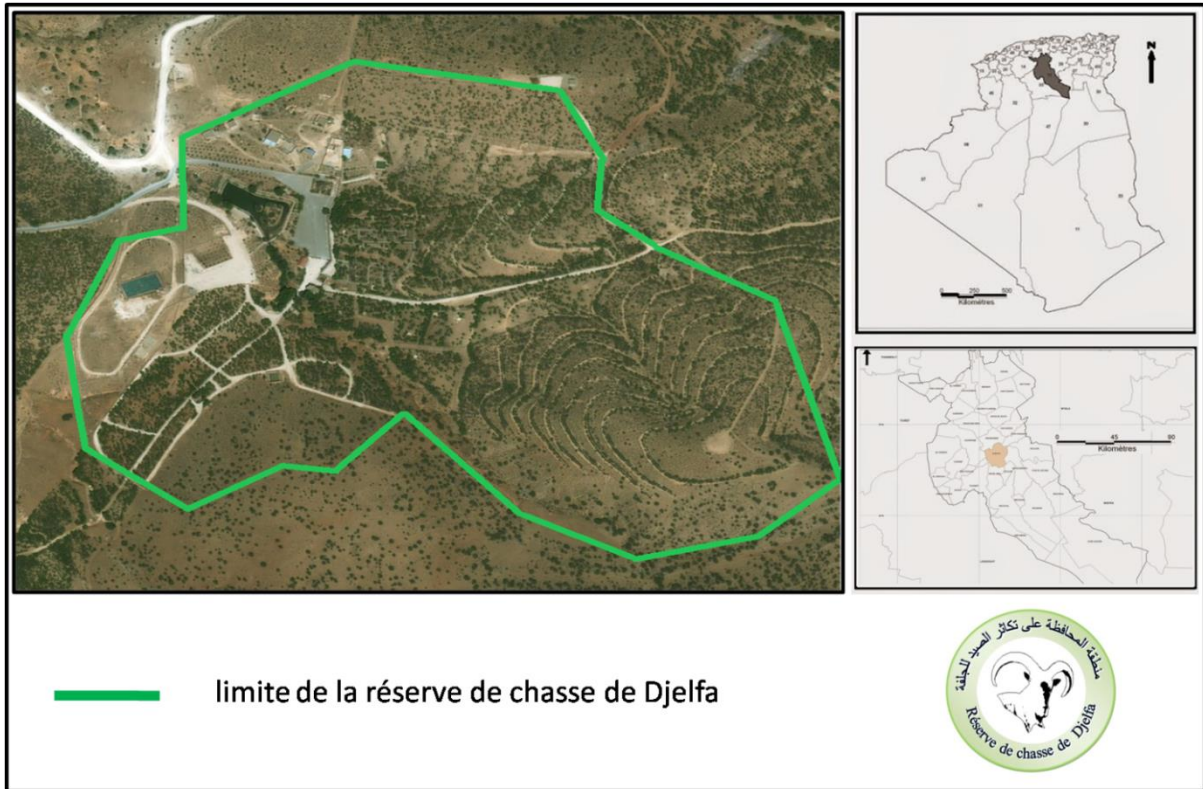


Fig. 1a– Situation géographique de la réserve de chasse de Djelfa (R.C.D., 2018)



Fig. 1b – Vue générale de l'élevage du mouflon à manchettes (*Ammotragus lervia*)
(Originale)

2.3. - Travail au laboratoire

La méthode des examens coprologiques suivie pour diagnostiquer les endoparasites des moutons est la méthode de Flottaison. Cette méthode est complétée par le dénombrement avec le Mc master.

2.3.1. - Principe de la méthode de flottaison

La flottaison est la méthode coproscopique la plus utilisée. Son principe consiste à la concentration des éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de fèces en les mélangeant à un liquide dense (de densité supérieure à celle de la plupart des éléments parasitaires) afin que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation, les débris sédimentent dans le culot tandis que les éléments parasitaires remontent à la surface du liquide ou ils sont recueillis puis identifiés (IROLA, 2010).

2.3.1.1. - Déroulement de la technique

Les selles sont diluées dans une solution saturée de sulfate de Zinc $ZnSO_4$ tamisées le mélange dans une passoire à thé et centrifugées environ une minute à 2300 tr/min. Dès l'arrêt de la centrifugation remplir un tube à ras bord avec le mélange obtenu (ménisque convexe) puis recouvrir le tube d'une lamelle sans emprisonner de bulles d'air. Laisser reposer durant environ 15 à 20 minutes, on prélève à l'anse métallique la couche superficielle qui contient les œufs et on la dépose sur une lame pour examen (ROUSSET, 1993).

2.3.1.2.- L'avantage et inconvénient de la méthode

Cette technique présente les avantages d'être rapide, facile à réaliser, peu coûteuse et sensible (TOUHAMI, 2010). Alors que les inconvénients de la méthode proviennent des effets néfastes d'une erreur de solution dense. En effet, si la solution n'est pas assez dense, certains éléments tels que les œufs de trématodes ou les Kystes d'*Eimeria leuckartii* ne vont pas flotter, et si elle est trop dense, il peut y avoir déformation ou lyse des éléments parasitaires (IROLA, 2010).

2.3.2. - Méthode de Mc Master

La Mc Master est une méthode quantitative, mais malheureusement par défaut, nous avons calculé le nombre d'œufs et des oocyste sur une lamelle, car la lame Mc Master n'était pas disponible.

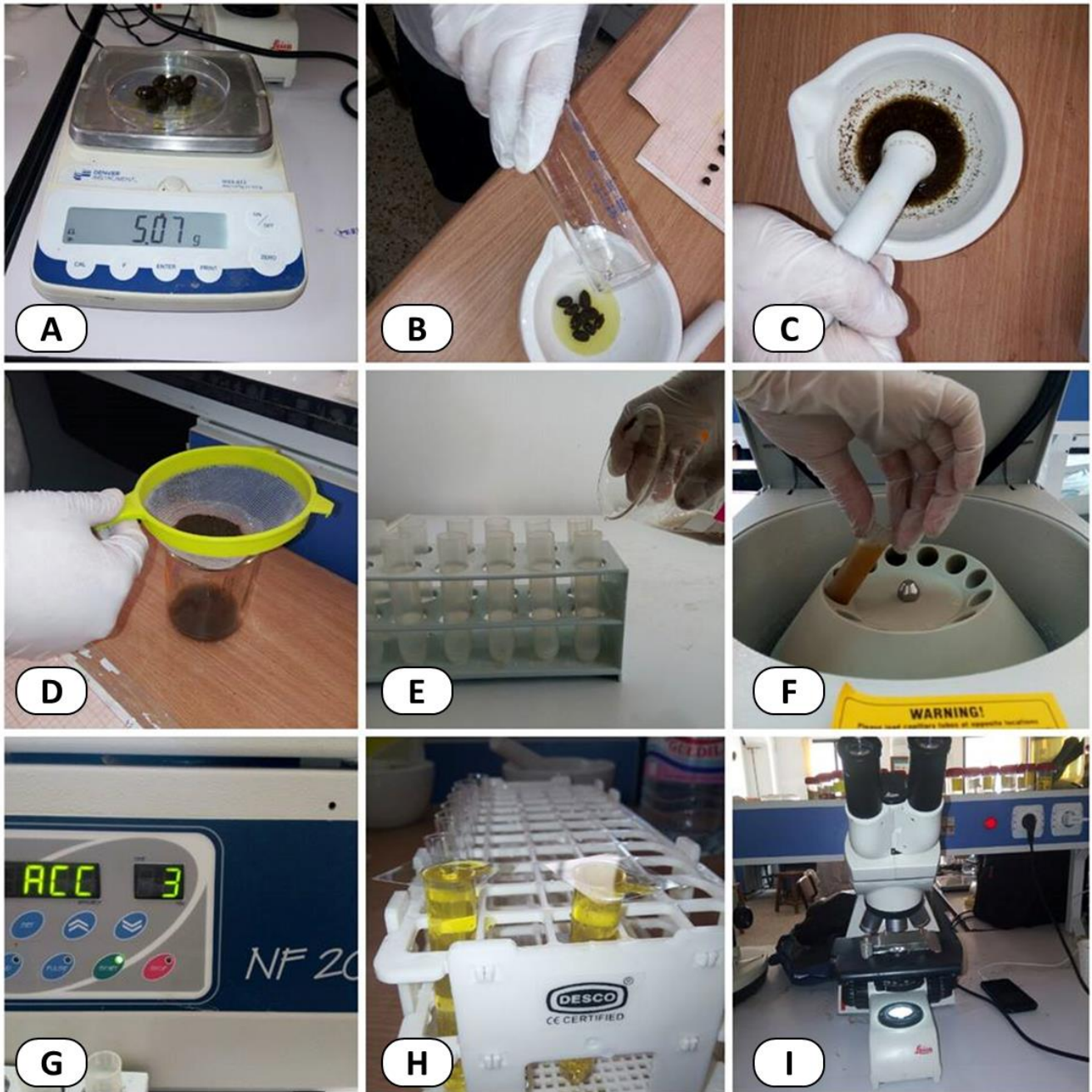


Fig. 2 - Étapes de la technique de flottaison (ROUSSET, 1993). (photographies originales)

A :Peser 5 grammes de fèces

B :Ajout de 15 ml de solution de $ZnSO_4$

C :Tamiséesle mélange dans une passoire à thé

D :Filtration de solution

E.F.G :Mettre les tubes dans centrifugeuse 3 minutes à 3000tr/min

H.I :Couverture d'un tube par une lamelle

I :Observation au microscope

2.3.2.1. -Présentation de la lame de Mac Master

La lame de Mc Master se compose de deux compartiments contigus séparés par une cloison chacun ayant un volume de 0.15ml. Le plafond de chaque compartiment est divisé en 6 cellules de 1.7mm de largeur (PRANTLOVÁ RAŠKOVÁ et WAGNEROVÁ, 2013).

2.3.2.2. - Mode opératoire

- 1- Dilution des fèces au 1/15° dans un liquide de flottation.
- 2- Mêmes techniques que pour une méthode de flottation qualitative.
- 3- 0.5ml sont placés dans chaque partie de la cellule de Mac Master.
- 4- Les œufs viennent se coller sous le verre supérieur après environ 10 minutes d'attente.
- 5- Ils sont observés à l'objectif x10 et comptés en suivant les colonnes gravées dans la cellule.
- 6- Le nombre d'œufs total est comptabilisé dans chaque colonne puis le total des deux groupes de colonnes est effectué : n1 et n2
- 7- La moyenne $(n1+n2)/2$ est calculée puis multipliée par 100 ou, plus conseillée par 50 si l'on compte les deux compartiments : ce qui indique le nombre d'œuf (ou de kystes de protozoaires) par gramme de matières fécales (Beugnet *et al.*, 2000).

2.4. - Identifications des endoparasites

L'identification des parasites est faite selon les critères morphologiques des œufs et Kystes trouvés dans les crottes. Cette identification est réalisée en utilisant des clés de différents auteurs. Pour les protozoaires les clés de MARCHALE et DOERFILGER (2004) et GUILLAUME (2007) et OLLAGNIER (2007) et CHANUDET (2012), pour les Sarcostigophora, GUILLAUME (2007). pour les Sporozoaires MARCHALE et DOERFILGER (2004) OLLAGNIER (2007) et CHANUDET (2012). pour les Ciliés GUILLAUME (2007). En ce qui concerne les Trématodes les clés de SOCHAT (2015) RICHARD (2012) sont utilisées. Pour ce qui est des cestodes la clé de SOCHAT (2015) est utilisée. L'identification des Nématodes est faite par la clé de ZAJAC *et al.* (2012) et RICHARD (2012) et SOCHAT (2015). Les caractères morphologiques des principales espèces sont détaillés dans le tableau 3 au niveau de l'annexe 2.

2.5. - Exploitation des résultats

Les résultats sont exploités par des indices écologiques de composition et de structure ainsi que par des indices parasitaires.

Les indices utilisés dans cette partie sont détaillés dans la figure 3.

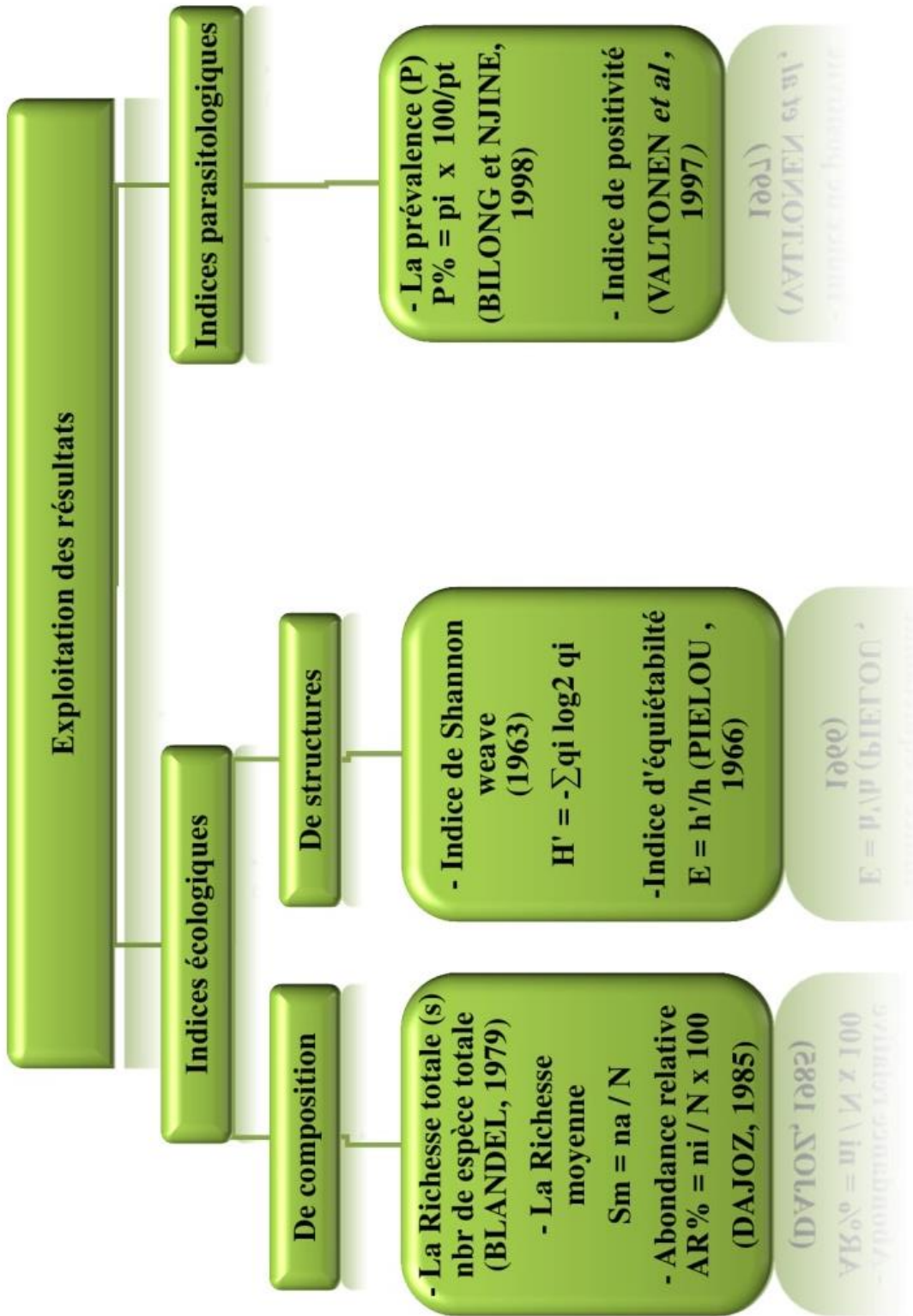


Fig. 3 – Différents indices utilisés pour exploiter les résultats

Chapitre III
Résultats

Résultats

Chapitre III- Résultats

Ce chapitre est réservé à l'exploitation des résultats des espèces parasitaires obtenues par la technique de flottaison.

3.1. – Liste des espèces des parasites internes trouvées chez les mouflons dans la réserve de chasse de Djelfa

La liste des endoparasites trouvés dans les excréments du mouflon à manchettes avec leurs positions systématiques se trouvent dans le tableau 4

Tableau 4 - Liste des endoparasites trouvés dans les excréments du mouflon à manchettes

Phylums	Classes	Ordres	Familles	Espèces
Plathelminthes	Trematoda	Echinostomida	Fasciolidae	<i>Fasciolasp.</i>
	Cestoda	Cyclophyllida	Anoplocephalides	<i>Monieziasp.</i>
Nemathelminthes	Nematoda	Ascaridida	Toxocaridae	<i>Toxocarasp.</i>
		Strongylida	Trichostrongylidae	<i>Ostertagiasp.</i>
				<i>Trichostrongylussp.</i>
				<i>Nematodirusp.</i>
Rhabditida	Strongyloididae	<i>Strongyloidessp.</i>		

Au total 7 espèces parasitaires sont inventoriées dans les crottes des mouflons. Ces espèces appartiennent à 2 phylums et 3 classes. Le phylum le plus dominant est celui de Plathelminthes avec 2 classes. Le phylum Nemathelminthes n'est représenté que par une seule classe Nematoda. En termes de familles, 3 familles sont notées dans les Nemathelminthes et 2 familles au niveau des Plathelminthes.

3.2. - Exploitation des résultats par les indices écologiques

Les résultats sont exploités d'abord par les indices écologiques de composition puis par les indices écologiques de structure.

3.2.1. - Exploitation des résultats par les indices écologiques de composition

Les indices écologiques utilisés pour exploiter les résultats sont les richesses totales et moyennes et l'abondance relative.

3.2.1.1. – Richesses totales et moyennes des espèces parasitaires

Les valeurs des richesses totales et moyennes sont exposées dans le tableau 5 .

Tableau 5 -Richesses totales globale S et mensuelles S' et richesses moyennes Sm

2018									
Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX
S'	3	1	0	0	1	0	3	1	3
Sm	1,33±1,32								
S	7								

S' : Richesses totales mensuelles, **Sm**: Richesse moyennes, **S** : Richesse totale

Le nombre d'espèces le plus élevée est de 3; noté en janvier, juillet, et septembre. Le nombre le plus faible est celui noté en février en mai et en août. Il s'agit d'une seule espèce. Il est à noter qu'il y'a des mois où aucune espèce n'est notée, le cas des mois de mars d'avril et de juin (Tab. 5).

3.2.1.2. – Abondances relatives des espèces parasitaires

Les valeurs des abondances relatives des espèces de parasites du mouflon à manchettes sont présentées dans le tableau 6.

Tableau 6 - Valeurs des nombre d'individus et des abondances relatives des espèces de parasites

Espèces	Ni	AR%
<i>Fasciolasp.</i>	1	1,52
<i>Monieziasp.</i>	1	1,52
<i>Toxocarasp.</i>	1	1,52
<i>Ostertagiasp.</i>	1	1,52
<i>Trichostrongylussp.</i>	6	9,09
<i>Nematodirusp.</i>	55	83,33
<i>Strongyloidessp.</i>	1	1,52
Total	66	100

Ni :Nombre individus, **AR%** :Abondance relative

Les valeurs des abondances relatives des espèces parasitaires varient d'une espèce à une autre. L'espèce qui domine est *Nematodirus* sp.(AR % = 83,33 %). Elle est suivie par *Trichostrongylus* sp.(AR% = 9,09 %). Les autres espèces comme *Fasciolasp.*, *Monieziasp.*, *Toxocarasp.*, *Ostertagiasp.*, *Strongyloidessp.* sont faiblement représentées (AR % = 1,52 %) (Tab.6).



Fig.4 -*Nematodirus* sp. (Gr×40)

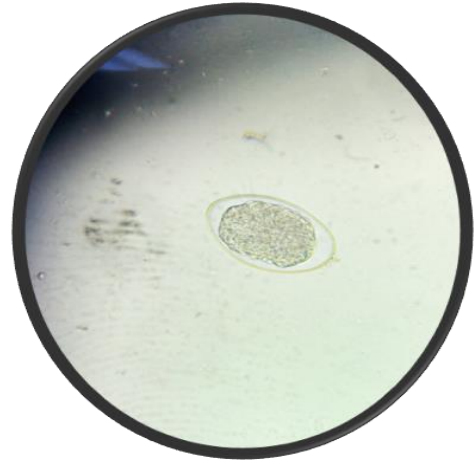


Fig.5 -*Trichostrongylus* sp.(Gr×40)



Fig.6 –*Fasciolasp.* (Gr×40)

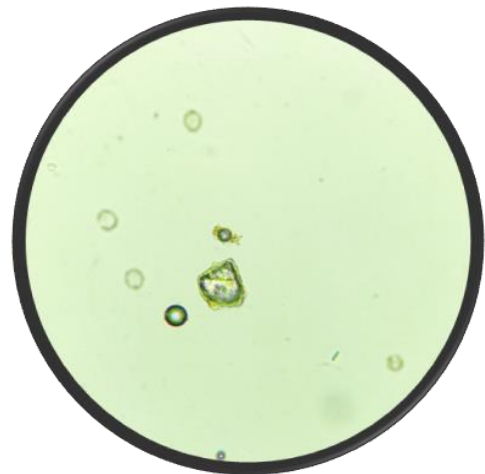


Fig.7 –*Monieziasp.* (Gr×40).

3.2.2. - Exploitation des résultats par les indices écologiques de structure

Les indices écologiques utilisés pour exploiter les résultats sont l'indice de diversité de Shannon-Weaver et d'Équitabilité

Tableau 7 - Valeurs des indices de diversité de Shannon-Weaver, de diversité maximale et d'Équitabilité des espèces d'endoparasites du mouflon à manchettes

H' (bits)	0,99
H max (bits)	2,81
E	0,35

H': Indice diversité ; **H max**: Diversité maximale; **E** :Équitabilité

La valeur de diversité de Shannon- Weaver calculée pour les endoparasites du mouflon est assez élevée. Il s'agit de 0,99 bits. La valeur d'équitabilité est de 0,4. C'est une valeur faible ce qui veut dire que les effectifs des différentes espèces de parasites ne sont pas en équilibre. Ceci est confirmé par la dominance de *Nematodirus* sp.

3.3. - Exploitation des résultats par les indices parasitaires

Dans cette partie, les résultats sont exploités par les indices de positivité et de prévalences

3.3.1. - Positivité

Les valeurs des positivités des pots examinés sont mentionnées dans le tableau 7

Tableau 8 – Positivité des pots examinés

Total	P+	P%
145	58	40%

P+ : Nombre de pots positifs **P%** : Positivité

Au total, 145 pots sont analysés. Parmi lesquelles, 58 pots ont contenu au moins un seul parasite. Ceci correspond à un taux de positivité de 40% (Tab.8).

3.3.2- Prévalence des espèces parasitaires

Les valeurs des prévalences et des différentes catégories de prévalence des espèces d'endoparasites sont mentionnées dans le tableau 9.

Tableau 9 -Prévalence et catégories de prévalences des espèces parasitaires intestinales trouvées chez le mouflon.

Espèces	Pv%	Catégorie de prévalence
<i>Fasciolasp.</i>	11,11	Rares
<i>Monieziasp.</i>	11,11	
<i>Toxocarasp.</i>	11,11	
<i>Ostertagiasp.</i>	11,11	
<i>Strongyloidessp.</i>	11,11	
<i>Trichostrongylussp.</i>	22,22	Satellites
<i>Nematodirus</i> sp.	55,55	dominantes

Pv :Prévalence

Pour ce qui est de la prévalence des parasites du mouflon à manchette, les valeurs calculées varient selon les espèces. Selon les valeurs notées 3 catégories de prévalences sont notées. Il existe une seule espèce dominante, *Nematodirus* sp. (Pr % = 55,55%), une espèce satellite, *Trichostrongylus* sp. (Pr % = 22,22%) et cinq espèces rares ayant, une prévalence inférieure à (Pr% = 11,11%) .ces espèces sont *Fasciola* sp., *Moniezia* sp., *Toxocara* sp. (Fig.8), *Ostertagia* sp. (Fig.9) et *Strongyloides* sp. (Fig.10).



Fig.8 – *Toxocarasp.* (Gr×40)



Fig.9 – *Ostertagiasp.* (Gr×40)



Fig.10 -*Strongyloides* sp. (Gr×40)

3.4 .Variations de l'apparition des espèces de parasites en fonction des températures moyennes

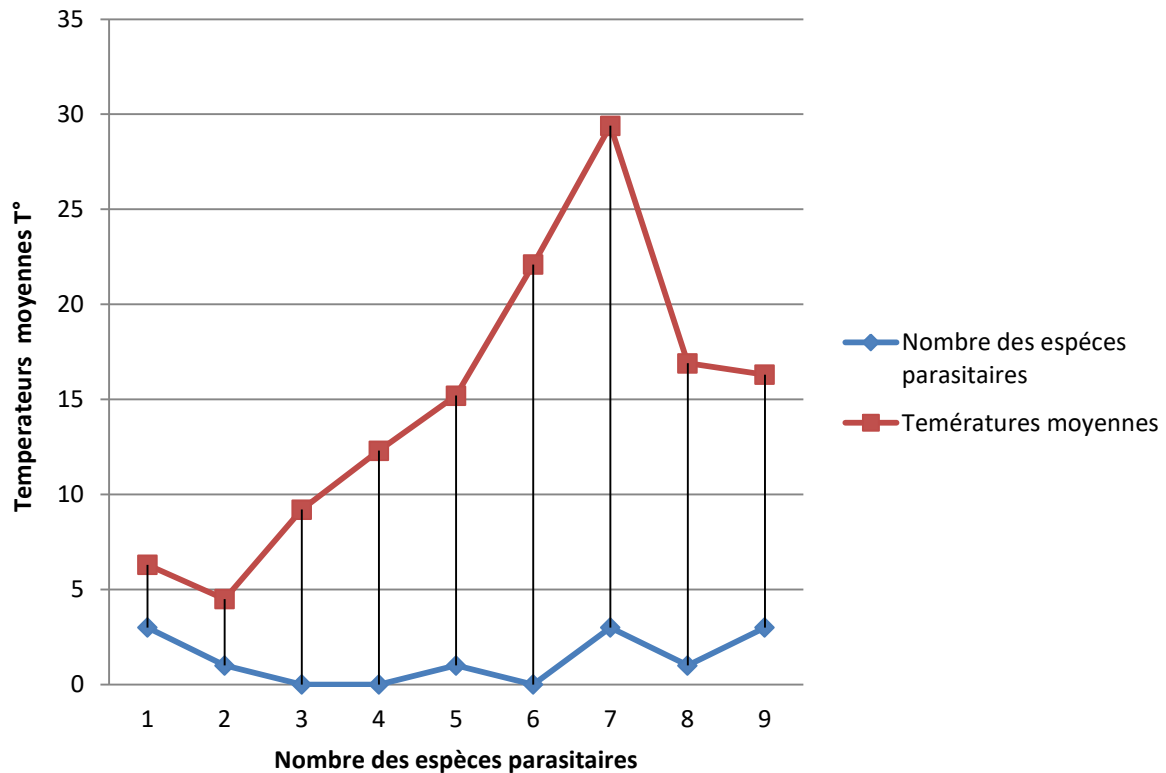


Fig.11 -Variations de la richesse parasitaire en fonction des températures moyennes

Le nombre d'espèces parasites est en relation étroite avec les températures moyennes (Fig.11). En effet en janvier ($T^{\circ}= 6,3\text{ C}^{\circ}$) le nombre d'espèces est de 3. Le même nombre d'espèces est noté en juillet ($T^{\circ}=29,4\text{ C}^{\circ}$), et en septembre ($T^{\circ}=6,3\text{ C}^{\circ}$). En février ($T^{\circ}=4,5\text{ C}^{\circ}$) et mai ($T^{\circ}=15,2\text{ C}^{\circ}$) et août ($T^{\circ}=16,9\text{ C}^{\circ}$) une seule espèce est trouvée. Durant les mois de mars ($T^{\circ}=9,2\text{ C}^{\circ}$), d'avril ($T^{\circ}=12,3\text{ C}^{\circ}$) et de juin($T^{\circ}=22,1\text{ C}^{\circ}$) aucune espèce n'est notée.

Chapitre IV
Discussions

Discussions

Chapitre IV – Discussion

Les discussions des résultats des différentes analyses coprologiques des espèces parasitaires sont reportées dans ce qui va suivre.

4.1 – Inventaire des endoparasites trouvés dans les fèces de mouflon à manchettes

L'étude des endoparasites d'*Ammotragus lervia* au niveau de la réserve de chasse de Djelfa a permis de recenser 2 phylums, soit les Plathelminthes et les Nematelminthes. Ayant travaillé dans la même station d'étude ZEBDA (2017) à recenser 3 phylum qui sont les Protozoaires; les Plathelminthes et les Nematelminthes. En Pologne, MAESANO *et al.* (2014) ont trouvé aussi 2 phylums, les Protozoaires et les Nematelminthes, dans la même région, RAMISZ *et al.* (2017) n'ont recensé qu'un seul phylum, celui des Nematelminthes.

4.2 – Exploitation des résultats d'endoparasites trouvés dans les fèces de mouflon à manchettes par les indices écologiques de composition

Un total de 7 espèces endoparasitaires est répertorié dans les crottes du mouflon. ZEBDA (2017) qui a travaillé dans la même réserve de chasse a trouvé 11 espèces parasitaires. Une valeur très faible ($S = 4$) est notée dans le parc zoologique du jardin d'essai d'Alger par BELLETRECHE et BENFODIL (2013). Ailleurs, en Corée de Sud, le nombre d'espèces de parasité ayant touché le mouflon est assez faibles, soit une seule espèce (CHO *et al.*, 2006). La même valeur est trouvée par KARANIS *et al.* (2007) en Chine. Ceci est peut-être dû aux traitements antiparasites appliqué dans l'élevage.

En termes d'abondances relatives, l'espèce qui domine le peuplement endoparasitaire du mouflon à manchettes dans la réserve de chasse de Djelfa est *Nematodirus* sp. Ailleurs dans la forêt de la province Pomerane (Pologne), la dominance de *Nematodirus* sp. est aussi notée par RAMISZ *et al.* (2017). En Espagne, BAUTISTA *et al.* (1996) ont trouvé une seule espèce de coccidie *Eimeria* sp. Il est à rappeler que dans la présente étude aucune espèce de Protozoaires n'est trouvée parmi les endoparasites du mouflon à manchettes dans la réserve de chasse de Djelfa.

4.3 – Exploitation des résultats d'endoparasites trouvés dans les fèces de mouflon à manchettes par les indices écologiques de structure

La valeur de diversité de Shannon- Weaver calculée pour les endoparasites du mouflon est de 0,99 bits. ZEBDA (2017) a trouvé une valeur plus forte ($H' = 2,52$ bits). La valeur d'équitabilité est de 0,4 ce qui indique que les effectifs des différentes espèces de parasites ne sont pas en équilibre. Par contre ZEBDA (2017) a trouvé que les effectifs des espèces parasitaires détectées dans l'intestin des mouflons tendent à être en équilibre entre eux.

4.4. - Discussion des résultats obtenus par l'exploitation avec les indices parasitaires

Le taux de positivité en parasites enregistré dans les excréments du mouflon est de 40%. L'année dernière, le taux de positivité des parasites de mouflon noté par ZEBDA (2017) est élevé soit 98,5 %, pourtant cet auteur a travaillé sur le même élevage examiné dans la présente étude. En Europe, les valeurs de positivité notées sont aussi élevées ((GRAY *et al.*, (1978), MAYO *et al.* (2013) et PAPLORAY (2002)).

Pour ce qui est de la prévalence des parasites du mouflon à manchette, une seule espèce dominante est notée soit *Nematodirus* sp. (Pr = 55,55%). ZEBDA (2017) a aussi classé *Nematodirus* sp. Dans la catégorie des espèces dites dominantes. La forte prévalence de l'infestation helminthique par les nématodes est aussi signalée en Inde (THAWAIT *et al.*, 2014). En France, les parasites très fréquemment rencontrés chez le mouflon sont les *Ostertagia* sp. (Pr % = 100%) (MAERTEN, 2014). Dans la présente étude, la prévalence de *Ostertagia* sp. est de (Pr % = 11,11 %). Elle est plutôt rare. Le dernier auteur cité a mentionné la forte prévalence de *Trichostrongylus* sp. (Pr % = 97,6%). Dans le présent travail, *Trichostrongylus* sp. (Pr % = 22,22 %) est une espèce satellite. En Pologne, la prévalence *Trichostrongylus* sp. est de Pr% égale à 27,3%. Elle est aussi satellite (RAMISZ *et al.*, 2017).

4.4. Discussion des résultats concernant les variations de l'apparition des espèces de parasites en fonction des températures moyennes

Une corrélation entre la fréquence d'apparition des espèces et les saisons d'échantillonnage est notée. En effet, avec les basses températures, les espèces notées sont *Trichostrongylus* sp. *Moniezia* sp. et *Nematodirus* sp. Durant la même période, ZEBDA (2017) a noté la forte présence de *Eimeria* sp. dans l'intestin des mouflons. Cette espèce n'est pas signalée dans le cadre du présent travail. Au niveau du parc national d'El Hamma, BELLETRECHE et BENFODIL (2013) ont signalé que l'espèce qui domine en décembre est *Toxocara vitulorum*. Par contre, dans la présente étude *Toxocara* sp. est trouvé en mois de mai avec l'augmentation des moyennes de températures.

Conclusion et perspective

Conclusion et perspective

Conclusion

La présente étude est réalisée dans la réserve de chasse de Djelfa dont l'objectif est de faire un inventaire des endoparasites inféodés à l'élevage du mouflon à manchettes afin de définir les maladies qui peuvent toucher cet élevage. En suivant une technique coproscopique, 7 espèces parasitaires sont inventoriées dans les crottes du moflons. Ces espèces appartiennent à 2 phylums et 3 classes. Le phylum le plus dominant est celui de Plathelminthes avec 2 classes. Le phylum Nemathelminthes n'est représenté que par une seule classe Nematoda. Ceci montre une masse importante en parasites dans les intestins du mouflon qui doit être traité.

En termes d'espèces, *Nematodirus* sp. Et *Trichostrongylus* sp. sont les plus représentés en effectifs. Les autres espèces comme *Fasciolasp.*, *Monieziasp.*, *Toxocarasp.*, *Ostertagiasp.*, *Strongyloidessp.* sont faiblement représentées.

Pour ce qui de la diversité de Shannon- Weaver ; la valeur obtenue est élevée. Il s'agit de 0,99 bits. Ceci reflète une importante charge parasitaire importante qui demande l'intervention des vétérinaires. La valeur d'équitabilité est de 0,4. C'est une valeur faible ce qui veut dire que les effectifs des différentes espèces de parasites ne sont pas en équilibre.

Ainsi, l'apparition des espèces concorde avec les variations des températures moyennes. En effet, En janvier, avec les basses températures ($T^{\circ} = 6,3^{\circ}\text{C.}$) les espèces présentes sont *Trichostrongylus* sp. *Moniezia* sp. et *Nematodirus* sp. Cette dernière est la seule espèce notée en février ($T^{\circ} = 4,5^{\circ}\text{C.}$). Par contre, avec la légère augmentation des températures, en mars ($T^{\circ} = 9,2^{\circ}\text{C.}$) et en avril ($T^{\circ} = 12,3^{\circ}\text{C.}$) aucune espèce de parasites n'est notée. En mai avec les températures moyennes de ($T^{\circ} = 15,2^{\circ}\text{C.}$), la seule espèce notée est *Toxocara* sp. En revanche, en juin et malgré la hausse des températures aucune espèce n'est signalée. En juillet, ($T^{\circ} = 29,4^{\circ}\text{C.}$), 3 espèces sont inventoriées ; *Trichostrongylus* sp. *Strongyloides* sp. et *Nematodirus* sp. Cette espèce est aussi observée en août ($T^{\circ} = 16,9^{\circ}\text{C.}$). En septembre avec les basses températures ($T^{\circ} = 16,3^{\circ}\text{C.}$), les espèces présentes sont *Nematodirus* sp. *Fasciola* sp. *Ostertagia* sp.

Pour ce qui est de la prévalence; il existe une seule espèce dominante *Nematodirus* sp., une seule espèce satellite *Trichostrongylus* sp. et 5 espèces rares. Il s'agit de *Fasciola* sp. *Moniezia* sp. *Toxocara* sp. *Ostertagia* sp. et *Strongyloides* sp.

Perspectives

A l'avenir ; il est souhaitable de poursuivre le travail sur d'autres année d'échantillonnage. Il est aussi important de travailler sur d'autres aspects comme les ectoparasites et les parasites sanguines, Ainsi ; il est aussi recommandé d'utiliser autres techniques d'analyses coprologiques comme la technique de Ritchie et de Zihle-Nilson et des techniques sérologiques (Eliza) pour détecter le maximum d'espèces de parasites.

Références bibliographiques

références bibliographiques

Références bibliographiques

- 1 - **A.N.O.F.E.L., 2014** - *Parasitologie médicale. Généralités et définitions*. Ed. Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie ANOFEL, Nante, 4p.
- 2 - **A.N.S.E.S., 2011** - *Caractéristiques et sources de Cryptosporidium spp. Fiche de description de danger microbien transmissible par les aliments*. Ed. Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'Environnement et du travail, Maisons-Alfort, 1p.
- 3 - **ABAIGAR T., DOMENE M., CASSINELLO J., 2012** - Characterization of the estrous cycle and reproductive traits of the aoudad (*Ammotragus lervia*) in captivity, *Theriogenology*77: 1759–1766.
- 4 - **ALADOS C. et CORMINA J., 1993** – *Ammotragus lervia del Sahara occidental Ammotragus lervia from Western-Sahara*.Ed. Estation experimental de zonasridas, Almeria, 90p.
- 5 - **ALAOUIY., 2006** - L'introduction du mouflon à manchette en Espagne et sa valorisation par l'exploitation cynégétique. *Atelier sur la valorisation de la grande faune sauvage au Maroc le 13 décembre 2006, Rabat*, 65-80.
- 6 - **BAREILLE S et FOURNIER R., 2010** - *La giardiose ovine*. Ed. Société nationale des groupements techniques vétérinaires, Paris, 5 p.
- 7 - **BAUTISTA M., PENA M., MORENO J., BULNES A., et MEANA A., 1996** – Coccidial infection in Mouflon, *Ovis musimon*, in central Spain. *Journal of Wildlife Diseases*, 32(1) : 125-129.
- 8 - **BELLETRICHE A et BENFODIL K., 2013** - *Parasitisme intestinal des ruminants sauvages vivant en captivité au niveau du Parc Zoologique du Jardin d'essai d'Alger*. Mém.Doc. Vét. Eco. Nati. Sup. Vét. El Harrach, 73p.
- 9 - **BEN MIMOUN J.et NOUIRA S., 2013** - Social organization of Barbary sheep (*Ammotragus lervia*) population in the Chambi National Park, Tunisia. *Inte. Jour. Biodiv. Conser.*, 5(1): 15-19.
- 10 - **BEN MIMOUN J.et NOUIRA S., 2015** - Food habits of the aoudad *Ammotragus lervia* in the Bou Hedma mountains, Tunisia. *S Afr J Sci.*,111(11/12): 1-5.

- 11 - BILONG-BILONG C.F. et NJINE T., 1998** – Dynamique de population des trois monogènes parasites d’*Hemichromis fasciatus* dans le lac municipal de yaoundé et intérêt possible on pisciculture intensive. *Sci. Nat. Et Vie* ,34 :295-303.
- 12 - BOUNACEUR F., BENAMOR N., BISSAAD F., ABDI A.et AULAGNIER S., 2016** - Is There a Future for the Last Populations of Aoudad (*Ammotragus lervia*) in Northern Algeria? *Pakistan J. Zool.*, 48(6): 1727-1731.
- 13 - C.F.P.T., 2012** - *Document technique Protozoaires entériques : Giardia et Cryptosporidium*. Ed. Comité fédéral Provincial Territorial sur L’eau potable sur la Santé et l’Environnement, Ottawa, 6p.
- 14 – CASSINELLO G., 1998** –*Ammotragus lervia*: a review on systematics,biology, ecology and distribution,*Ann. Zool. Fennici.*,35: 149–162
- 15 - CASSINELLO G., CUZIN F., JDEIDI T., MASSETI M., NADER I et DE SMET K., 2008** –*Ammotragus lervia*, Aoudad.*The IUCN Red List of Threatened Specie*.Ed. UICN, Gland,, 15p.
- 16 - CASSINELLO G., 2012** - Arrui– *Ammotragus lervia* (Pallas, 1777).*Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles*. (Eds.). Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid. 13p.
- 17 - CHANUDET J., 2012** -*Comparaison de différentes colorations pour la mise en évidence des protozoaires dans la coproscopie des ruminants*.Thèse doct. Vét.Univ. Claude –Bernard, Lyon 1 173p.
- 18 - CHARLES R. and STERLING-RODNEY D. A., 2014** – The Pathogenic Enteric Protozoa: Giardia, Entamoeba, Cryptosporidium and Cyclospora. *World Classes Parasites : Volume 8* Ed Kluwer academic, 184 p.
- 19 - CHO H., SHIN S. and PARK N., 2006** - Balantidiasis in the gastric lymph nodes of Barbary sheep (*Ammotragus lervia*): an incidental finding. *Vet. Sci.*, (7): 207 – 209.
- 20 - COCKENPOT., 2013** - *Etude des facteurs de variation de l’excretion parasitaire mesurée par analyse coproscopique chez le mouflon méditerranéen (Ovis gmelinusimonsimon x Ovis sp.) dans le massif du Caroux - Espinouse*.Thèsedoct. Vét.Univ.Claude –Bernard, Lyon 1 152p.

- 21 - CUZIN F., 2003** - *Les grands mammifères du Maroc Méridional (Haut Atlas, Anti Atlas et Sahara): Distribution, écologie et conservation*. Thèse Doc., Ecole Pratique des Hautes Etudes Sciences de la Vie et de la Terre, 340 P
- 22 - DEBERNARD J., 2004** - *Guide de l'élevage du mouton méditerranéen et tropical*. Ed., Direction d'Afrique. Pretoria, 90p.
- 23 - DEPIERRE D. et GILLET H., 1974** - Le mouflon à manchette en Ennedi (Tchad). *Revue bois et forêts des tropiques*, 158: 8-11.
- 24 - DONNADIEU D., 2001** - *Traitement et prévention de la fasciolose à fasciola hepatica en élevage bovin laitier : essai d'un protocole utilisant le closantel et l'oxyclozanide*. These Doc. Eco. Nati. Vét. Toulouse, 22p.
- 25 - GOURREAU J. et BENDALIF., 2008** - *Maladies des Bovins*. Ed. France Agricole, Paris, 112-164p.
- 26 - GRAY G., DANNY B., and SIMPSON D., 1978** - Helminths of Sympatric Barbary Sheep and Mule Deer in the Texas Panhandle. *The Helminthological Society of Washington*, (45) : 139-141.
- 27 - GRAY G. and SIMPSON D., 1980** - *Ammotragus lervia*. *Amer. Soc. Mam.* 144 : 1-7.
- 28 - GUILLAUME V., 2007** - *Parasitologie*. Ed. Boeck Université. Bruxelles, 24p.
- 29 - H.C.E.F., 2006** - *Manuel pratique pour la gestion cynégétique durable des populations de mouflon à manchette*. Ed. Haut commissariat aux eaux et forêt et à la lutte contre la désertification, Marrakech, 70p.
- 30 - IROLA E., 2010** - *Le diagnostic et le traitement des parasitoses digestives des équidés Synthèse bibliographique et conclusions de la réunion d'experts organisée par l'AVEF à Reims le 8 octobre 2008*. Thèse doct. Vét.Univ. d'Alfort, 190p.
- 31 - JEANNERET J., 1991** - *Epidémiologie de la toxocarose dans la région jurassienne*. Thèse doct. Vét.Univ. Neuchâtel, 177p.
- 32 - JULIES., 2015** - *Relation entre le comportement spatial et parasitisme chez le chevreuil en milieu anthropisé*. Thèse doct. Univ. Toulouse, 183p.
- 33 - KARANIS P., PLUTZER J., NORHALIZA A., IGORI K., NAGASAWA H., ONGERTH J. and LIQING M., 2007** - Molecular characterization of *Cryptosporidium* From animal sources in Qinghai province of China. *Parasitol Res.* 101:1575–1580.

- 34 - LACOSTE R., 2009** - *Les parasites intestinaux chez le Macaque crabier (Macaca fascicularis) Etude expérimentale et recommandations Pour la diagnose et la gestion Des rhizoflagelles et des cilies.* Thèse doct. Univ. Eco. Natio. Vét. d'Alfort, 237p.
- 35 - LÈBRE A., 2015** - *L'efficacité de l'aromathérapie en élevage caprin pour lutter contre le parasitisme interne.* Mém. Ing. Institut de recherche de l'agriculture biologique, Ecole d'Ingénieurs, PURPAN, 80p.
- 36 - NOVACKA., FUHRMANN K., DORMANJOHNSON K and BARTELL S., 2009** - Distribution and abundance of Barbary sheep and other ungulates in Carlsbad Caverns National park. *Park Sci.*, 26 :92-98.
- 37 - MAERTEN J., 2014** - *Détermination du parasitisme de l'bomasum chez le mouflon méditerranéen (Ovis gmelini musimon X ovis sp.) dans le massif du Caroux- Espinouse* .Thèse doct. vété .Univ. Claude –Bernard, Lyon 1 128p.
- 38 - MAESANO G., CAPASSO M., IANNIELLO D., CRINGOLI G. and RINALDI L., 2014** - Parasitic infections detected by FLOTAC in zoo mammals from Warsaw, Poland. *Acta Parasitologica*, 59(2): 343–353.
- 39 - MARCHALE J., 2004** - Etude bibliographique du *Cryptosporidium* dans les eaux souterraines et proposition d'une méthodologie d'évacuation du risque. Application aux captages AEP en milieu carbonaté dans le département de l'Ain. *Service public du BRGM.* 50p.
- 40 - MAYO E., ORTIZ J., MARTÍNEZ-CARRASCO C., GARIJO M., ESPESO G., HERVÍAS S. and RUIZ de YBÁÑEZ M., 2013** - First description of gastrointestinal nematodes of Barbary sheep (*Ammotragus lervia*): The case of *Camelostrongylus mentulatus* as a paradigm of phylogenetic and specific relationship between the parasite and its ancient host. *Spr. Sci.* 37:209–215.
- 41 - MEHLHORN H., 2016** - *Animal parasites diagnosis, treatment, prevention.* Ed. Spring, Dusseldorf, 719 p.
- 42 - MIGUEL AYANAZ., 2010** - *El Arruí (Ammotragus lervia Pallas 1777) en Sierra Espuña (Murcia) Amenaza u oportunidad?*. Direction Générale du Patrimoine Naturel et de Biodiversité, Madrid, 80p.
- 43 - NACIRI M., 1992** - La Cryptosporidiose importance de la contamination de l'eaux. *INRA. Prod. Anim.*, 5(5) : 319-327.

- 44 - NDIAYE A., NDIAYE B., DIAGNE- GUEYE N. and KLOTZ F., 2013** - Parasitoses hépatobiliaires (à l'exception de l'amibiase, de l'hydatidose, de la bilharziose et de la balantidiose). *EMC – Hépatologie*, 1(1).
- 45 - O.I.E., 2003** - Rapport de la réunion du groupe de travail Sur les maladies des animaux sauvages. Ed. Organisation mondiale de la santé animale comité international, Paris 47p.
- 46 - O.M.S., 1981** - Diarrhées d'origine parasitaire. *Bulletin de l'organisation mondiale de la santé*, 59 (2) : 175-187.
- 47 - OLLAGNIER C., 2007-** *Recensement des parasites digestifs des petits Camélidés (Genre llama) en France*. Thèse Doc. Vét. Claude –Bernard, Lyon 1 104p.
- 48 - PAPLORY M., 2002** - *Interaction ruminants domestique faune sauvage dans les parasitoses en France mitropolitaine : étude bibliographique*. Thèse Doc. Vét., Toulouse, 85p.
- 49-PIROELLE H., 2010** - Les diarrhées infectieuses et parasitaires de la génisse. Lactalis Feed ; France, 6p.
- 50 - PRANTLOVÁ RAŠKOVÁ V. et WAGNEROVÁ P., 2013** - *Obrazový atlas parazitů Pro praktická cvičení z Veterinární parazitologie*. Ed. Zfjéu, Varsovie, 91p.
- 51 - RAJASEKARIAH G et HOWELL M., 1978** - Helminths of Sympatric Barbary Sheep and Mule Deer in the Texas Panhandle., *Helmin. Soci.of Washington*. 45:139 – 141.
- 52 - RAMISZ et al. (2017) RAMISZ A., LAURANS L., JURCZYK P. and KWITA E., 2017** - Gastrointestinal nematodes and the deworming of mouflon (*Ovisariesmusimon*) from Goleniowska Forest in West Pomerania province, Poland; *Ann. Para.*63(1): 27–32.
- 53 - R.C.D., 2018** – *Présentation de la réserve de chasse, fiche technique*. Ed. R.C.D, 1p.
- 54 - RICHARD F., 2012** -*Comparaison de différents liquides de flottation en coproscopie des ruminants*.Thèse Doc. Vét. Claude –Bernard, Lyon 1, 109p.
- 55 - ROUSSET J., 1993** - *Copro parasitologie pratique*. Ed. ESTEM. Paris, 106p.
- 56 - S.N.G.T.V., 2001** - *La monieziose de l'agneau*. Ed. Société nationale des groupements techniques vétérinaires, Paris, 2p.
- 57 - SCHMIDL D., 2004** - *The mammals of texas*. Ed. Austin, Texas, 537p.
- 58 - SOCHAT F., 2015** - *Evaluation d'un nouveau liquide dense pour le diagnostic coproscopique des infestations des ruminants par les Trématodes* .Thèse doct. Univ., Toulouse, 120p.
- 59 - SOW E., 2014** - *Caractéristiques et dominantes pathologiques des élevages bovins laitiers dans les regions de thies et de diourbel*. Thèse Doc. Vét. Uni. Cheikh Anta Diop,de Dakar, 112p.

- 60 - THAWAIT V., MAITI S., ADITI A., DIXIT N., 2014** - Prevalence of gastrointestinal parasites in captive wild animals of Nandan Van Zoo, Raipur, Chhattisgarh. *Veterinary World*. 7: 448-450.
- 61 - THOMAS S., 2003** – *Données récentes sur la résistance aux Antihelminthiques des strongles gastro-intestinaux des ruminants*. Thèse doct. Univ. Toulouse, 100p.
- 62 - TOUHAMI., 2010** - *Performances des kits copro-duo kop-color pour la concentration et la coloration des parasites dans les selles*. Thèse Doc. Vét. Uni. MOHAMMED V. RABAT, 113p.
- 63 - VALTONEN E T., HOLMES J C. And KOSKIVAARA M. , 1997-** Eutrophication, pollution and fragmentation : effects on parasite communities in roech (*Rutilus rutilus*) and perch (*percafluviatilis*) in four lakes in the central finland. *Can.J.Aquat.Sci.*, 54 : 5728-585.
- 64 - VILLENEUVE A., 2013** - *Les parasites des bovins Fiches parasitaires* Ed., Laboratoire de parasitologie, Faculté de médecine vétérinaire Saint-Hyacinthe, 20p.
- 65 - ZAJAC A., GRAY A. M et CONBOY G.A., 2012** – *Veterinary clinical parasitology*. Ed. American Association of Veterinary Parasitologists, 368p.
- 66 - ZEBDA K., 2017-** *Etude des parasites internes chez le Mouflon à Manchette* *Ammotragus lervia (Pallas, 1777)* au niveau de la réserve de chasse de Djelfa. *Mém. Ing. Insti. SNV. Ziane Achour*, 65p.

Annexes

ANNEXES

Annexe 1 :

Tableau 1 - principaux strongyloses gastro-intestinales des bovidae(BENDALI, 2008) (PAPLORAY, 2002) (THOMAS, 2003) (MEHLHORN, 2016) (VILLENEUVE, 2013) (U.L.G, 2011) (DAHMANI et YAMANI, 2012).

Pathologie	Espèce	Localisation	Symptôme
Ordre des strongylida super famille des trichostrongyloidea			
Ostertagiose	<i>Ostertagiaostertagi</i> <i>O leptospicularis</i> <i>O trifurcata</i> <i>O lyrata</i>	caillette	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Diarrhée aqueuse et verdâtre ▪ Déshydrations ▪ amaigrissement ▪ anémie ▪ appétit est diminué
Teladorsagiose	<i>Teladorsagiadavtiani</i>	caillette	Perte de poids Diarrhée liquide
Marshallagiose	<i>Marshallagiaoccidentalis</i> <i>M marshalli</i>	caillette	Diarrhée Anorexie
Haemonchose	<i>Haemonchuscontortus</i>	caillette	-Anémie sévère Un rythme Respiratoire élevé -la maigreur -la faiblesse -absence de baisse d'appétit -diarrhée
Trichostrongylose	<i>Trichostrongylus axei</i> <i>T vitrinus</i> <i>T capricola</i> <i>T colubriformis</i>	Intestin grêle	-L'hyperhémie de la muqueuse -inflammation catarrhale -diarrhée liquide -faiblesse -Perte de poids
		caillette	
Nematodirose	<i>Nematodirusfilicollis</i> <i>N spathiger</i> <i>N battus</i> <i>N helvetianus</i> <i>N abnormalis</i> <i>N rupicaprae</i>	Intestin grêle	Une perte d'appétit Diarrhée L'émaciation La déshydration mortalité
Cooperiose	<i>Cooperiapunctata</i>	Intestin grêle	-L'appétit diminué -Les gaines de poids diminués -Protéines plasmiques sont perdues dans l'intestin
Ordre des strongylida super famille des strongyloidea			
Oesophagostomose	<i>Oesophagostomumvenulosum</i>	Gros intestin caillette	Diarrhée L'émaciation L'anorexie L'hypo protéinémie - L'anémie

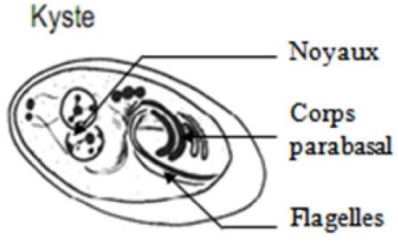
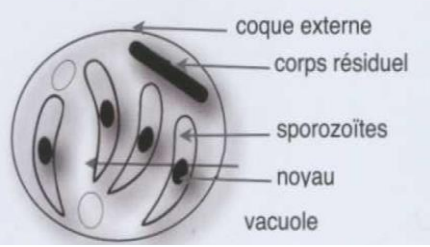
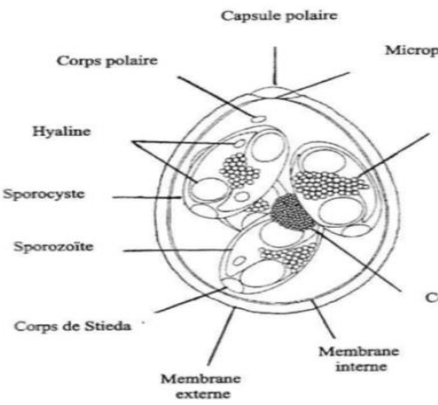
Tableau 2 - taxonomie des principales espèces de parasites interne des bovidae

S/r	Phylums	Classes	Ordres	Familles	Espèces	
Protozoaire	Sarcomastigophora	Zoomastigophora	Diplomonadida	Hexamitidae	<i>Giardia</i> sp.	
	Ciliophora	Ciliata	Trichostomatides	Balantidiides	<i>Balantidium</i> sp.	
	Apicomplexa	Coccidea	Eimeriida	Cryptosporidiidae	<i>Cryptosporidium</i> sp.	
				Eimeridae	<i>Eimeria</i> sp.	
Metazoaires	Plathelminthes	Trematoda	Echinostomida	Fasciolidae	<i>Fasciola</i> sp.	
		Cestoda	Cyclophyllida	Anoplocephalides	<i>Moniezia</i> sp.	
	Nemathelminthes	Nematoda	Ascaridida	Strongylida	Toxocaridae	<i>Toxocara</i> sp.
					Trichostrongylidae	<i>Ostertagia</i> sp.
			<i>Teladorsagia</i> sp.			
			<i>Marshallagia</i> sp.			
			<i>Haemonchus</i> sp.			
			<i>Trichostrongylus</i> sp.			
			<i>Nematodirus</i> sp.			
			<i>Cooperia</i> sp.			
Strongylidae	<i>Oesophagostomum</i> sp.					

Annexe 2 :

Tableau 3 – Clés d'identification des kystes et des œufs parasitée trouvées dans les crottes du mouflon

Tableau 3 a - Les principales caractéristiques d'oocystes de protozoaires

Emb	Kystes	Caractéristiques	Auteurs
Sarcocystidophora	 <p><i>Giardia duodenalis</i></p>	<p>Il a une taille 12 à 15 µm noyau, Kyste jeune 1 noyau, Kyste mature 4 noyau en position antérieur paroi impression d'une double membrane réfringent flagelles restes de flagelles mais aussi des corps parabasaux</p>	<p>(GUILLAUNE, 2007)</p>
	 <p><i>Cryptosporidium parvum</i></p>	<p>d'une capsule de forme ovoïde à ronde d'une diamètre de 4 a 6 µm</p>	<p>(MARCHALE et DOERFILGER, 2004)</p>
Sporozoaires	 <p><i>Eimeria sp</i></p>	<p>ookystes de forme ovoïde qui mesurent 21-92x21-67 µm</p>	<p>(OLLAGNIER, 2007) (CHANUDET, 2012)</p>

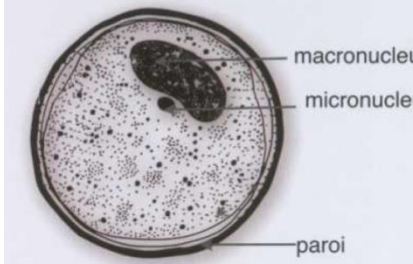
Ciliés	 <p><i>Balantidium coli</i></p>	<p>Forme arrondi et mesure de 50 à 60µm de diamètre. Sa paroi est épaisse et transparente, les deux noyaux sont visibles, les cils persistent à l'intérieur de kyste ou le parasite est mobile.</p>	(GUILLAUME, 2007)
--------	--	---	-------------------

Tableau 3 b - Principales caractéristiques des oeufs de trématodes

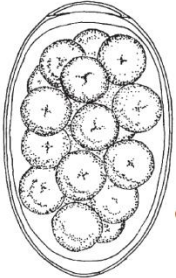

Œufs	Caractéristiques	Auteurs
 <p><i>Fasciola sp.</i></p>	<p>Les oeufs de <i>Fasciola sp</i> sont ellipsoïdes , de grande taille (80 µm X 140µm) à paroi fine et lisse operculés à une extrémité , marron-jouatrrres et non embryonnés. Ce sont des œufs lourds.</p>	(SOCHAT, 2015)
 <p><i>Paramphistomum sp.</i></p>	<p>Les oeufs sont également de grande taille (entre 120 µm et 180 µm) . operculés avec une paroi fine et lisse mais sont plutot gris à verdattes .</p>	(RICHARD, 2012)

Tableau 3 c - Principales caractéristiques d'oeuf de cestode

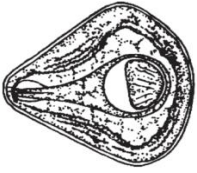




Œufs	Caractéristiques	Auteurs
 <p><i>Moniezia sp.</i></p>	<p>L'oeuf est anguleux, triangulaire ou quadrangulaire de couleur grisatre et mesure 50 X 90µm ,sacoque est épaisse et lisse il contient en embryon hexacanthé, entouré d'un appareil piriforme et n'occupant pas la totalité de l'oeuf.</p>	(SOCHAT, 2015)

Tableau 3 d - Principales caractéristiques des œufs de Nématodes

Oeufs	Caractéristiques	Auteurs
 <p><i>Trichostrongylus</i> sp.</p>	<p>Les oeufs de strongles sont ellipsoïdes dépourvus de Bouchon polaire , et non-operculés, la paroi est mince et contient une morula , ils mesurent en moyenne 80-100 X 40-50 µm .</p>	
 <p><i>Nematodirus</i> sp.</p>	<p>L'œuf de <i>Nematodirus</i> est quant a lui deux fois plus grand.</p>	
 <p><i>Trichuris</i> sp.</p>	<p>Les œufs de <i>Trichuris</i> ont une forme cylindrique, amincie aux extrémités, et sont caractérisés par la présence de bouchon translucide à chaque pôle. Ils mesurent en moyenne 70-80 × 30-40 µm</p>	
 <p><i>Toxocara</i> sp.</p>	<p>L'œuf est sphérique, de taille assez importante (75-95 × 60-75 µm). Il possède une coque très épaisse, alvéolée à l'extérieur et lisse à l'intérieur, n'a pas de bouchon polaire et n'est pas operculé. Il est de couleur brune et contient une cellule unique qui remplit la quasi-totalité de l'œuf</p>	

(SOCHAT,
2015)

(RICHARD,
2012)

(ZAJAC *et al.*,
2012)

العنوان: دراسة الطفيليات المعوية في حيوان الضأن البربري في محافظة الصيد بولاية الجلفة

ملخص

أجريت هذه الدراسة في محافظة الصيد بولاية الجلفة. والهدف هو إجراء جرد للطفيليات الداخلية التي يمكن أن تؤثر على حيوان الضأن البربري . تم تحليل ما مجموعه 145 وعاء بواسطة طريقة التعويم وتم العثور على ما مجموعه 7 أنواع من الطفيليات . الطفيلي الغالب من تواجده هو *Nematodirus* sp (الوفرة النسبية = 38.33%) هذا النوع يمثل أيضا أعلى قيمة انتشار (Pr = 55.55%) . و معدل الإيجابية هو 40%

الكلمات المفتاحية : الضأن البربري ، الطفيليات الداخلية ، التعويم ، الديدان الخيطية ، محافظة الصيد بالجلفة

Titre : Etude des parasites intestinaux du mouflon à manchette *Ammotragus lervia* au niveau de la réserve de chasse de Djelfa

Résumé

La présente étude est réalisée dans la réserve de chasse de Djelfa. Le but est de faire un inventaire des endoparasites qui peuvent toucher le mouflon à manchettes. Au total 145 pots sont analysés par la méthode de flottaison. Le nombre d'espèces recensées est 7. Parmi les quelles *Nematodirus* sp. (AR % = 38,33 %) est la plus dominante. Cette espèce représente aussi la valeur de prévalence la plus élevée (Pr % = 55,55 %). Le taux de positivité est de 40 %

Mots-clés : Mouflon à manchette, endoparasites, flottaison, *Nematodirus* sp, réserve de chasse (Djelfa).

Title: Study of intestinal parasites of the *Ammotragus lervia* mouflon at the Djelfa hunting reserve

Abstract

This study is carried out in the Djelfa hunting reserve. The aim is to make an inventory of endoparasites that can affect the mouflon. A total of 145 pots are analysed by the flotation method. The number of species counted is 7. Specie of *Nematodirus* sp.(AR % = 38,33%) is the most dominant. This species also represents the highest prevalence value (Pr % = 55,55%). The positivity rate is 40%.

Key words: Barbary sheep, endoparasites, flotation, *Nematodirus* sp, hunting reserve (Djelfa).